



CURSO DE MEDICINA

**CADERNO DIDÁTICO: BASES FUNCIONAIS DE
CORPO HUMANO Ia**

CLAUDIA LOPES PENAFORTE

FERNANDA SILVA TORRES

IZABELA FERREIRA GONTIJO DE AMORIM

EDER RICARDO DE MORAES

ELIANE DE SA LOPES LOMEZ

RENATO SANTIAGO GOMEZ

LUIS CARLOS ARAO

**Belo Horizonte
2025**

Lael Varella Educação e Cultura Ltda. - LVECL

Faculdade de Minas – FAMINAS-BH – Campus Belo Horizonte

Av. Cristiano Machado, 12001 - Bairro Vila Clóris

31.760-000 – Belo Horizonte - MG Tel.: (31) 2126-3100

P397c Penaforte, Cláudia Lopes

Caderno didático: bases funcionais de corpo humano 1A. / Cláudia Lopes Penaforte; Fernanda Silva Torres; Izabela Ferreira Gontijo De Amorim; Eder Ricardo de Moraes; Eliane de Sa Lopes Lomez; Renato Santiago Gomez; Luis Carlos Arao. – Belo Horizonte: Faminas, 2025. 37p.

ISBN: 978-65-88341-30-8

1. Corpo Humano – funções. 2. Medicina - prática. 3. Material didático e instrucional. I. Penaforte, Cláudia Lopes. II. Torres, Fernanda Silva. III. Amorim, ; Izabela Ferreira Gontijo de. IV. Moraes, Eder Ricardo de. V. Lomez, Eliane de Sa Lopes. VI. Gomez, Renato Santiago. VII. Arao, Luis Carlos. FAMINAS BH. VIII. Título.

CDD 610

Ficha Catalográfica elaborada na Biblioteca Central - FAMINAS

Para citar esse documento:

PENAFORTE, Cláudia Lopes; TORRES, Fernanda Silva; GONTIJO DE AMORIM, Izabela Ferreira; MORAES, Eder Ricardo de; LOMEZ, Eliane de Sá Lopes; GOMEZ, Renato Santiago; ARAO, Luis Carlos. **Caderno didático**: bases funcionais de corpo humano 1a. Belo Horizonte: Faminas, 2025. 37 p.

SUMÁRIO

NORMAS DE BIOSSEGURANÇA E RECOMENDAÇÕES PARA AS AULAS PRÁTICAS EM LABORATÓRIOS DA ÁREA DA SAÚDE.....	4
PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO	7
TREINAMENTO NO USO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO	11
CURVA DE TITULAÇÃO DE UM AMINOÁCIDO E O EFEITO DO SISTEMA TAMPÃO.....	15
UTILIZAÇÃO DE MICROPIPETAS E AQUECIMENTO COM BICO DE BUNSEN.....	17
REAÇÕES QUALITATIVAS PARA IDENTIFICAR PROTEÍNAS/ LIGAÇÕES PEPTÍDICAS	23
CARACTERÍSTICAS DAS ENZIMAS	25
IDENTIFICAÇÃO DE CARBOIDRATOS	27
HOMEOSTASE.....	29
METABOLISMO MUSCULAR	31
SOMESTESIA	33
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	37

NORMAS DE BIOSSEGURANÇA E RECOMENDAÇÕES PARA AS AULAS PRÁTICAS EM LABORATÓRIOS DA ÁREA DA SAÚDE

OBJETIVOS

Compreender os princípios fundamentais de biossegurança, reconhecendo os principais riscos presentes nos ambientes laboratoriais e as medidas preventivas necessárias para a proteção da saúde e do meio ambiente. Aplicar corretamente as normas e procedimentos de biossegurança durante a realização de atividades práticas, incluindo o uso adequado de Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) e o descarte seguro de resíduos laboratoriais.

Biossegurança é o conjunto de medidas voltadas para a prevenção, controle, minimização ou eliminação dos riscos presentes nas atividades de pesquisa, produção, ensino, desenvolvimento tecnológico e prestação de serviços que podem comprometer a saúde do homem, dos animais, a preservação do meio ambiente e/ou a qualidade dos trabalhos desenvolvidos. O trabalho em laboratórios de saúde expõe os trabalhadores a riscos comuns a outros grupos profissionais e riscos específicos da sua atividade. Estes riscos são classificados em cinco grupos principais:

Risco de Acidente: é o risco de ocorrência de um evento negativo e indesejado do qual resulta uma lesão pessoal ou dano material (Ex.: queimaduras, cortes e perfurações).

Risco Ergonômico: qualquer fator que possa interferir nas características psicofisiológicas do trabalhador, causando desconforto ou afetando sua saúde (Ex.: movimentos repetitivos e postura inadequada de trabalho).

Risco Físico: está relacionado às diversas formas de energia, como pressões anormais, temperaturas extremas, ruído, vibrações, radiações ionizantes (Raio X, Iodo 125, Carbono 14), ultrassom, radiações não ionizantes (luz Infravermelha, luz Ultravioleta, laser, micro-ondas), a que podem estar expostos os indivíduos.

Risco Químico: refere-se à exposição a agentes ou substâncias químicas na forma líquida, gasosa ou como partículas e poeiras minerais e vegetais, presentes nos ambientes ou processos de trabalho, que possam penetrar no organismo pela via respiratória, ou possam ter contato ou ser absorvidos pelo organismo através da pele ou por ingestão (Ex.: solventes, medicamentos, produtos químicos utilizados para limpeza e desinfecção, corantes).

Risco Biológico: está associado ao manuseio ou contato com materiais biológicos e/ou animais infectados com agentes biológicos que possuam a capacidade de produzir efeitos nocivos sobre os seres humanos, animais e meio ambiente.

Descarte do lixo no laboratório

- **Lixo sólido comum: saco de lixo Preto:** luvas não contaminadas, papéis, gaze com álcool etc.)
- **Lixo contendo perfuro cortante: DESCARPACK** – agulhas contaminadas ou não, lâminas e lamínula quebradas, lancetas, lâmina de bisturi, escalpe, alfinetes.
- **Lixo sólido com resíduo químico: Saco de lixo laranja**

- **Lixo Biológico: Saco de lixo Branco:** algodão, gaze, luva ou qualquer outro material que contenha sangue ou fluidos corpóreos, curativos, resíduos de cirurgias, moldagens e kits para exames.

Noções básicas de biossegurança e boas práticas de laboratório

Estas normas consistem num conjunto de regras e procedimentos de segurança que visam a eliminar ou minimizar os acidentes e agravos de saúde relacionados ao trabalho em laboratórios e em outros serviços de saúde.

Higiene pessoal:

- a) Cabelos longos devem ser mantidos presos durante os trabalhos;
- b) Usa-se exclusivamente sapatos fechados no laboratório;
- c) Usa-se o mínimo possível de joias e adereços.

Proibições na área laboratorial:

- a) pipetar com a boca;
- b) comer, beber ou fumar;
- c) utilizar fone de ouvido.

Normas de segurança e procedimentos durante as aulas práticas

1. Siga rigorosamente as instruções fornecidas pelo professor e/ou que constam no roteiro.
2. Não brinque no laboratório.
3. Converse com os colegas somente o necessário para o andamento da aula.
4. Chegue rigorosamente no horário marcado para início da aula.
5. Em caso de acidente, procure imediatamente o professor, mesmo que não haja danos pessoais ou materiais.
6. Comunique ao professor a quebra de qualquer instrumento.
7. Não beba e nem coma no laboratório.
8. Use jaleco de manga comprida, sapatos fechados e roupas apropriados. Não será permitida a presença do aluno sem jaleco e sem sapato fechado ou trajado de forma inadequada.
9. Evite contato de qualquer substância com a pele.
10. Mantenha a bancada de trabalho limpa e em ordem durante as experiências.
11. Habitue-se ao trabalho de equipe. Respeite o trabalho do seu colega.
12. Manuseie cuidadosamente o material, principalmente aparelhos e vidraria. Não mexa nos aparelhos sem antes aprender a usá-los ou receber instruções para isso.
12. Quando ligar um aparelho elétrico, certifique-se antes que estará usando a tomada de voltagem certa para o mesmo.
13. Não devolva reagente ao frasco inicial. Principalmente em se tratando de substância P.A. ou titulada. Habitue-se a tirar o necessário do frasco.

14. Não misture as pipetas e frascos em uso. Rotule-os sempre com fita adesiva, pincel atômico ou caneta hidrográfica.
15. Nunca aqueça o tubo de ensaio, apontando sua extremidade aberta para um colega ou para si mesmo.
16. Não jogue nenhum material sólido ou tóxico dentro da pia ou nos ralos.
17. Não jogue vidro quebrado no lixo comum. Deve haver um recipiente específico para fragmentos de vidro.
18. Não coloque sobre a bancada de laboratório bolsas, agasalhos, ou qualquer material estranho ao trabalho que estiver realizando.
19. Se algum produto químico for derramado, comunique ao professor e limpe o local imediatamente.
20. Consulte o professor antes de fazer qualquer modificação no andamento da experiência e na quantidade de reagentes a serem usados.
21. Antes de usar qualquer reagente, leia cuidadosamente o rótulo do frasco para ter certeza de que aquele é o reagente desejado.
22. Apague sempre os bicos de gás que não estiverem em uso.
23. Nunca torne a colocar no frasco um reagente retirado em excesso e não usado. Ele pode ter sido contaminado.
24. Cuidado ao aquecer vidro em chama: o vidro quente tem exatamente a mesma aparência do frio.
25. Ao término da prática, lave devidamente a vidraria usada. Cada equipe será responsável pela ordem e limpeza do local de trabalho, pela devolução em perfeito estado do material e equipamentos.
26. Analise os resultados de cada experimento após o término. Procure tirar conclusão

PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO

OBJETIVO

Reconhecer e identificar as principais vidrarias e equipamentos utilizados em laboratório. Aprender o manuseio correto e seguro de cada tipo de vidraria, prevenindo acidentes e contaminações. Compreender a função específica de cada material e suas aplicações nos experimentos realizados. Desenvolver hábitos de organização, limpeza e conservação dos materiais durante e após a prática. Interpretar e analisar os resultados experimentais, exercitando o pensamento crítico e científico.

INTRODUÇÃO

Para atuar com segurança e eficácia em um laboratório, é fundamental que o estudante conheça não só os diversos tipos de vidrarias e equipamentos disponíveis, mas também domine a maneira adequada de manusear cada um deles.

Principais Vidrarias de Laboratório:

Balão volumétrico: apropriado para medidas sem erro apreciável em temperaturas mais ou menos 8° C acima e abaixo da indicada. Tratando-se de equipamento volumétrico aferido, não o submeter a altas temperaturas.

Erlenmeyer: usado em titulações, aquecimento, dissolução de substâncias e realização de reações.

Becker (Béquer): apropriado para reações, dissolução de substâncias, precipitações e aquecimento de líquidos.

Funil: o funil é utilizado para filtração. Para filtrações mais delicadas, em análises quantitativas, emprega-se o funil analítico que às vezes, possui estrias internas e haste maior.

Tubo de ensaio: para reações em pequena escala. Pode ser aquecido diretamente na chama do bico de Bunsen, desde que manuseado cuidadosamente.

Bastão de Vidro ou baqueta: haste maciça de vidro com que se agitam misturas, facilitando reações.

Proveta: mede e transfere volumes de líquidos. Não oferece grande precisão e não deve ser aquecida.

Pipeta graduada (a) e pipeta volumétrica (b): são utilizadas para medir com exatidão e transferir pequenos volumes de líquido.

Pipeta automática/micropipeta: são utilizadas para medir com exatidão e transferir pequenos volumes de líquido

Pipeta de Pasteur: recipiente utilizado para medida de líquidos.

Microtubos: pequenos tubos de plástico amplamente utilizados em laboratórios para armazenar e manusear pequenas quantidades de líquidos, geralmente em volumes que variam de 0,5 a 2 mililitros

Suporte universal: empregado para sustentação de peças.

Tripé de ferro: utilizado com a tela de amianto para aquecimento.

Tela de amianto: protege peças submetidas a aquecimento distribuindo uniformemente o calor.

Anel ou argola: usado para sustentar o funil quando preso à haste do suporte universal.

Estante para tubos de ensaio: usada para alojar os tubos durante testes qualitativos.

Pinça de madeira: usada para segurar tubos de ensaio em aquecimento.

Vidro de relógio: usado para evaporação ou como tampa em análises gravimétricas, evitando contaminação ou perdas de amostra.

Bureta: usada para medir volumes com exatidão em titulações volumétricas.

Pisseta: frasco para lavagem de materiais ou amostras sólidas durante filtração por meio de jatos de água, álcool ou outros solventes.

Bico de Bunsen: é a principal fonte de aquecimento usada em laboratório

Adaptador de pipetagem: dispositivo que será acoplado a uma pipeta de vidro para auxiliar a pipetagem de líquidos.

Pera de Pipetagem: dispositivo que será acoplado a uma pipeta de vidro para auxiliar a pipetagem de líquidos.

Espátula: usadas para transferir substâncias sólidas. Podem ser de porcelana, aço inoxidável e níquel.

Almofariz: recipiente, geralmente feito de porcelana onde os sólidos são colocados para serem macerados.

Pistilo: É a haste utilizada para pressionar e triturar os materiais dentro do almofariz. Deve ser manuseado com movimentos circulares ou de pressão para promover a trituração eficiente.

Procedimento 1: Verificar a precisão e a confiabilidade da medida de volume de água utilizando diferentes vidrarias de laboratório.

1. Com o auxílio de uma pisseta e um funil, transfere-se água deionizada para um balão volumétrico de 100 mL.

 **IMPORTANTE:** Antes de atingir a marca de aferição, remova o funil para evitar erro de paralaxe. Complete cuidadosamente o volume com auxílio de uma pipeta Pasteur, até que o menisco inferior da água coincida exatamente com a marca de 100 mL.

2. Transfira todo o conteúdo do balão volumétrico para uma proveta graduada de 100 mL. Observe e registre o volume indicado.

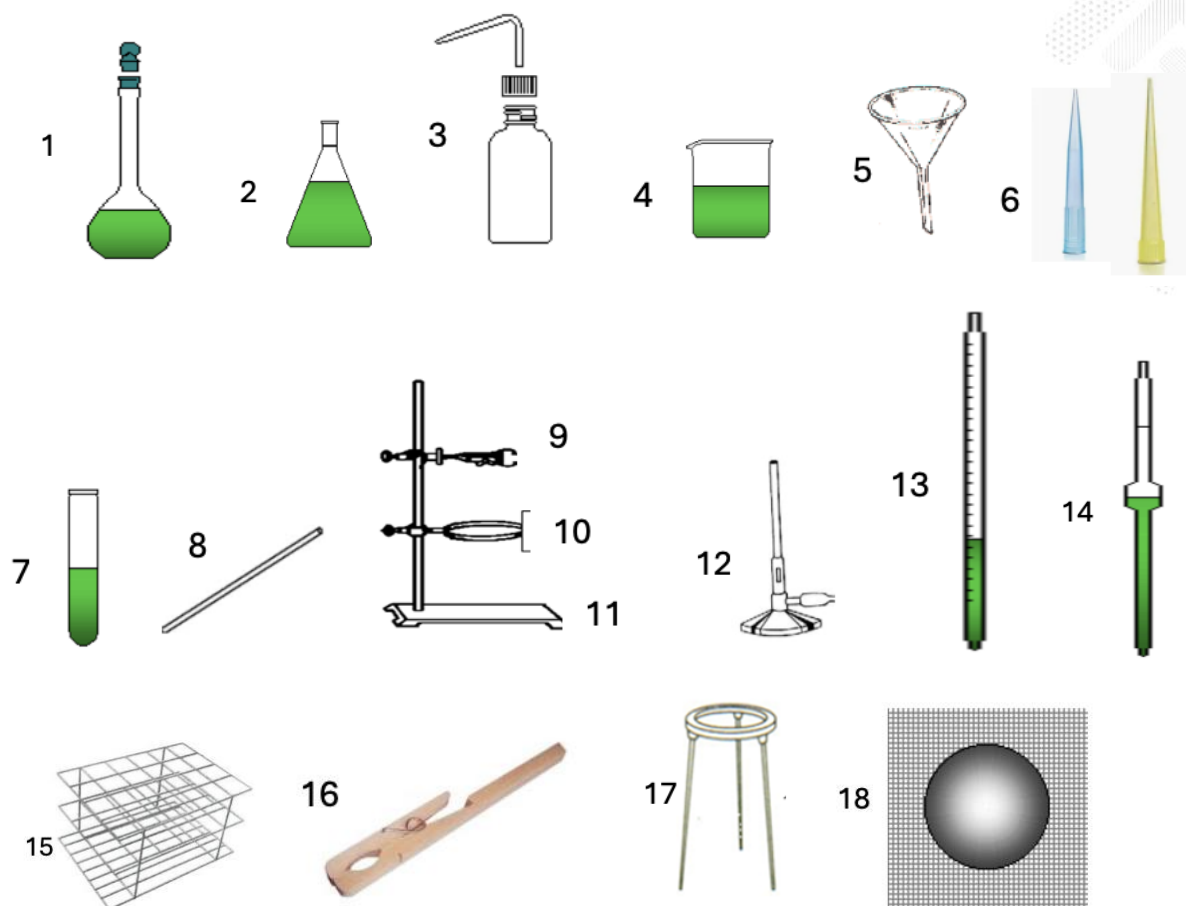
3. Compare o volume obtido na proveta com o volume nominal do balão volumétrico (100 mL). Avalie se há diferença significativa.

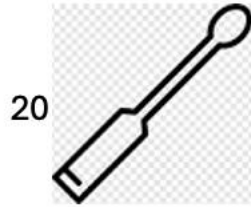
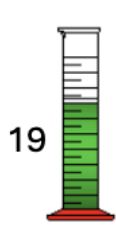
4. Transfira o volume da proveta para um béquer de 100 mL. Observe novamente o volume e possíveis perdas ou discrepâncias.

5. Compare o volume obtido no béquer com o da proveta. Avalie se houve alteração de volume ou perda durante a transferência.

Procedimento 2:

Na folha de exercícios disponibilizado pelo professor, listar o nome das vidrarias abaixo:





28



Fonte: Google figuras

TREINAMENTO NO USO DAS PRINCIPAIS VIDRARIAS DO LABORATÓRIO

PARTE 1 - ORIENTAÇÕES BÁSICAS PARA EMPREGO DE PIPETAS

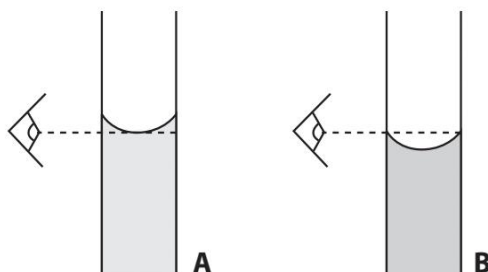
OBJETIVOS

Reconhecer e identificar os diferentes tipos de pipetas, compreendendo suas principais características e aplicações em procedimentos laboratoriais. Executar a transferência de volumes com precisão. Desenvolver senso crítico para avaliar a qualidade e precisão das medições realizadas em laboratórios.

Pipetas são usadas para transferência de volumes pré-estabelecidos de um recipiente para outro. Para os diversos usos em laboratórios clínicos ou laboratórios de análise em geral, existem diversos tipos de pipetas, como as pipetas de vidro e pipetas automáticas (mecânicas e eletrônicas).

A leitura do menisco (menisco côncavo parte inferior tocando na linha) se faz ao nível do olho (figura 1).

Figura 1 – Acerto do menisco



Legenda: A: soluções translúcidas; B: soluções opacas.

Fonte: INFOTEC – Uso correto de pipetas http://labtest.com.br/wp-content/uploads/2016/09/INFOTEC_Uso_correto_de_pipetas.pdf

Para retirar o líquido da pipeta, toca-se a ponta da mesma na parede interna do recipiente, mantendo a pipeta na posição vertical. **Não se sopra a pipeta**. Verifique no topo da pipeta o volume total e a escala de graduação.

Verificar se são pipetas nominais ou de ponto zero no topo (medida do escoamento)

Na pipeta com **ponto zero** mede-se a quantidade de líquido escoado, por isso deve-se partir sempre da marca zero escoando o volume a ser pipetado.

Na **pipeta nominal**, ajuste o menisco apenas uma vez no volume que se deseja pipetar.

Observe atentamente como utilizar a pêra de sucção:

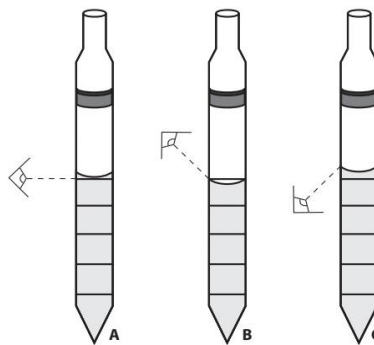
- 1- Pressione a válvula A e ao mesmo tempo o bulbo maior da pêra para criar a pressão negativa para sucção.
- 2- Encaixe a pipeta no orifício com a válvula S e encoste a ponta da pipeta no líquido. Pressione a válvula S (subir o líquido) sugando o líquido cuidadosamente até o orientado de acordo com o tipo de pipeta.
- 3- Pressione no local de escoamento a válvula E (esvazia a pipeta) para liberar o líquido.
- 4- Com o polegar, tampe o orifício do bulbo inferior e pressione para eliminar o volume residual da pipeta.
- 5- Ao retirar a pipeta, cuidado para não quebrar a ponta da mesma. Guarde a pêra com Ar (cheia)

CUIDADOS NECESSÁRIOS PARA USO CORRETO DAS PIPETAS

- Não pipetar com a boca. Utilizar sempre um dispositivo para a pipetagem;
- Utilizar pipetas com volume total o mais próximo possível do volume a ser medido;
- Os olhos devem estar posicionados na altura da leitura do menisco (Figura 2);
- Utilizar a pipeta sempre na posição vertical (tanto para aspirar como para desprezar o líquido) (figura 2);
- O fluxo do líquido deve ser contínuo.

Figura 2 – Altura do menisco

Evitando a paralaxe.
A superfície de um líquido confinado num tubo estreito exibe uma curvatura marcante, ou menisco, que consiste na interface entre o ar e o líquido a ser medido. Para acerto do menisco, seu olho deve estar no nível da superfície do líquido para assim evitar um erro devido à paralaxe (Figura 4). Paralaxe é um fenômeno que ocorre através da observação errada do valor na escala analógica do instrumento, devido ao ângulo de visão.



Legenda: A: Posição correta para acertar o menisco; B e C: posições incorretas para acertar o menisco.

Fonte: [http://labtest.com.br/wp-](http://labtest.com.br/wp-content/uploads/2016/09/INFOTEC_Uso_correto_de_pipetas.pdf)

[content/uploads/2016/09/INFOTEC_Uso_correto_de_pipetas.pdf](http://labtest.com.br/wp-content/uploads/2016/09/INFOTEC_Uso_correto_de_pipetas.pdf)

PROCEDIMENTO 1: Treinar a técnica de pipetar usando água destilada.

1. Adaptar a pipeta em um dispositivo de pipetagem;
2. Na posição vertical, aspirar o líquido (deixar que o líquido suba até um pouco acima da marca de calibração) observar se não existe bolhas.
3. Descartar o líquido realizando a leitura do menisco ao nível dos olhos.

4. Cada aluno deverá pipetar 2.000 **microlitros** de solução corada em um tubo de ensaio diferente. Comparar o volume dos tubos, tirar conclusões e descartar. Preste atenção nas vidrarias escolhidas para o procedimento.

PARTE 2- ORIENTAÇÕES BÁSICAS PARA EMPREGO DA BURETA

OBJETIVO

Compreender o funcionamento da bureta e desenvolver habilidades para a realização de medidas volumétricas precisas, por meio da simulação de uma titulação com adição controlada de volumes de água, observando a importância do menisco e da eliminação de bolhas de ar para a exatidão do experimento.

INTRODUÇÃO

A bureta é um instrumento de medição volumétrica de alta precisão, utilizado em laboratório para liberar volumes exatos de líquidos, geralmente durante titulações. Possui uma torneira que permite controlar o escoamento da solução gota a gota, o que é essencial para determinar o ponto de equivalência em reações químicas.

Principais usos:

PROCEDIMENTO 1: OPERAÇÃO COM BURETA

OBS: Esse procedimento somente 1 integrante do grupo irá realizar, os demais irão auxiliar, ou seja, não é para repetir o procedimento.

1. **Segurança:** Mantenha sempre um **béquer sob a torneira da bureta**, pois, caso esteja aberta, a solução pingará no recipiente, evitando desperdício e contaminação da bancada.
2. **Lavagem da bureta:**
 - a) Preencha a bureta com **água destilada ou deionizada** utilizando **funil e pisseta**, até acima da marca zero (não é necessário o uso de pipetas);
 - b) Remova o funil e escoe totalmente o conteúdo em um béquer apropriado para descarte.
3. **Preenchimento para uso:**
 - a) Encha novamente a bureta com água destilada ou deionizada desta vez para realizar a atividade;
 - b) Certifique-se de que o nível da solução esteja **acima da marca zero**.
4. **Eliminação de bolhas e ajuste do menisco:**
 - a) Verifique e **retire bolhas de ar** da extremidade inferior da bureta, caso presentes;
 - b) Ajuste o volume para **exatamente zero**, observando o **menisco inferior na altura dos olhos**;
 - c) Utilize uma **pipeta Pasteur**, se necessário, para o ajuste fino. Descarte o excesso em um béquer apropriado.

5. Coletar, sucessivamente volumes de 0,5, 1,00 e 2,50 em um béquer (treinamento, não precisa medir o volume no béquer).
6. Preencha a bureta com **solução de hidróxido de sódio 1M** utilizando **funil e pisseta**, até acima da marca zero (não é necessário o uso de pipetas).
7. Remova o funil e escoe totalmente o conteúdo em um béquer apropriado para descarte.
8. Encha novamente a bureta com **solução de hidróxido de sódio 1M**, desta vez para realizar a prática de número 4.

Finalização: Lavar todo o material utilizado – organizar sobre as bancadas para secar. Descartar material que não mais será utilizado (refugo destinado para tal/ o professor irá indicar). Limpar e organizar as bancadas.

CURVA DE TITULAÇÃO DE UM AMINOÁCIDO E O EFEITO DO SISTEMA TAMPÃO

OBJETIVO

Compreender o comportamento ácido-base dos aminoácidos em solução aquosa, identificando as etapas da curva de titulação e suas respectivas zonas de tamponamento. Determinar experimentalmente os valores de pK_a dos grupos ionizáveis de um aminoácido e interpretar essas informações em função da molécula.

INTRODUÇÃO

Um aminoácido é qualquer molécula que contém simultaneamente grupos funcionais amina (NH_3^+) e ácido carboxílico (COO^-). A presença dos grupos amina e carboxila propiciam aos α -aminoácidos um caráter anfotérico em solução aquosa, ou seja, um comportamento tanto de ácido como de base. Em valores de pH 6,0 – 7,0, os aminoácidos existem predominantemente na forma dipolar iônica, denominada zwitterion (do alemão “íon híbrido”). Em faixas extremas de pH, por outro lado, eles se apresentarão como espécies iônicas diferentes. Portanto, os aminoácidos possuem no mínimo dois grupos (pois o R também pode ser ionizável) que podem sofrer protonações e desprotonações e essas reações dependerão do pH da solução em que os aminoácidos se encontram.

Pode-se estudar a dissociação dos prótons de um aminoácido em solução realizando-se uma curva de titulação e observando-se a variação do pH do meio com o auxílio de um medidor de pH (ou pHmetro). A titulação de um aminoácido consiste na remoção gradual de prótons através da adição de uma base (como NaOH) e a curva de titulação corresponde ao gráfico dos valores de pH da solução em função do volume de base adicionado. Essa curva revela os pK_a s (que são formas de expressão das constantes de dissociação K_a) dos grupos ionizáveis do aminoácido (lembre-se que $pK_a = -\log K_a$). À medida que a base é adicionada, a curva passa apresentar estágios distintos, que dependem da concentração de cada uma das formas doadoras de prótons.

Assim, para um α -aminoácido simples monocarboxílico, observaremos três pontos de inflexão na curva: A) um ponto no qual o pH é igual ao valor do pK do grupo carboxílico, onde estão presentes quantidades equimolares das formas A (carga líquida = +1) e B (carga líquida = 0); B) um ponto no qual o valor de pH corresponde ao ponto isoelétrico (pI) do aminoácido, onde a forma B está principalmente presente; e C) um ponto no qual o pH é igual ao valor do pK do grupo amina, onde estão presentes quantidades equimolares das formas B e C (carga líquida = -1). Portanto, cada aminoácido apresentará uma curva específica, já que esta depende das interações intramoleculares que o compõem. Além disso, alguns aminoácidos apresentarão mais de 2 valores de pK , uma vez que possuem mais um grupo ionizável no seu grupamento R.

Procedimento

1. Calibrar o potenciômetro no pH 7,0 (realizado pelos técnicos)
2. Lavar e secar o potenciômetro (montagem realizada pela professora)
3. Com auxílio de uma proveta, medir 40 mL da solução de glicina 0,1 M e reservar em um béquer de 50 mL. Adicionar uma barra magnética para a agitação.
4. Com auxílio de uma pipeta de 1mL, acrescentar 1 mL de ácido clorídrico 4,0 M ao béquer contendo a 40 mL de glicina.
5. Colocar o eletrodo do potenciômetro dentro do béquer em contato com a solução de glicina. A ponta da bureta deve ser colocada dentro do béquer, mas fora da solução de glicina.
6. Criar uma tabela de volume de NaOH X valores de pH
7. Agitar a solução e anotar o pH (este será o ponto zero)
8. Ir adicionando aos poucos o Hidróxido de sódio (em intervalos de 0,5 mL) e após a estabilidade do potenciômetro, anotar o valor do pH obtido para cada volume de NaOH acrescentado, como indicado pelo professor.
9. Anotar os valores de pH na tabela conforme o volume de NaOH adicionado.
10. Construir um gráfico: volume de NaOH X valores de pH, como indicado pelo professor.
11. Confrontar o gráfico construído com o gráfico encontrado na literatura.

Finalização

Lavar todo o material utilizado – organizar sobre as bancadas para secar.

Descartar material que não mais será utilizado (refugo destinado para tal/ o professor irá indicar).

Limpar e organizar as bancadas.

UTILIZAÇÃO DE MICROPIPETAS E AQUECIMENTO COM BICO DE BUNSEN

PARTE 1- UTILIZAÇÃO DE MICROPIPETAS

OBJETIVO

Reconhecer e identificar os diferentes tipos de pipetas, compreendendo suas principais características e aplicações em procedimentos laboratoriais. Executar a transferência de volumes com precisão utilizando pipetas automáticas.

PROCEDIMENTO: UTILIZAÇÃO DE PIPETAS AUTOMÁTICAS

INTRODUÇÃO

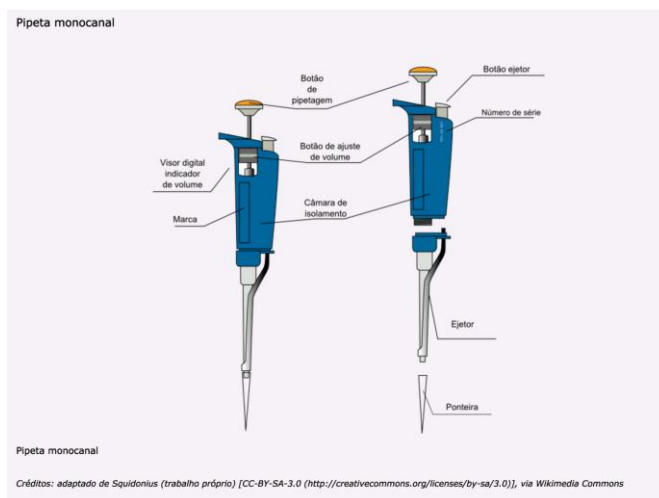
A pipeta automática é um aparato composto de uma parte fixa, contendo todos os dispositivos para seu funcionamento, à qual se adapta uma ponteira removível (*tip*), normalmente de plástico. A parte fixa apresenta um pistão de aço inoxidável capaz de mover-se dentro de um cilindro. O movimento apropriado cria vácuo, fazendo com que o líquido em contato com a ponteira seja aspirado para dentro do cilindro, ocupando o volume antes ocupado pelo ar. A alta exatidão indica que as pipetas automáticas dispõem volumes bastante aproximados do volume indicado no equipamento. A precisão está relacionada à reprodutibilidade de mensurações individuais de um mesmo volume, e pode ser expressa como um desvio padrão.

Para utilizar estas pipetas é necessária uma ponteira, de maneira que o líquido aspirado por elas não entra ou não deve entrar no corpo principal da micropipeta, sob risco de adulterá-la e descalibrá-la.

- **MANIPULAÇÃO DE PIPETAS AUTOMÁTICAS:**

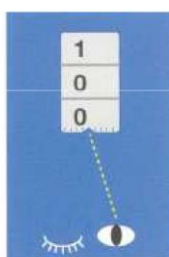
Para a obtenção de resultados corretos é necessário selecionar a pipeta certa. O volume a ser transferido deve estar dentro da faixa de volume recomendada para a pipeta. Selecionada a pipeta adequada, é necessário ajustar o volume de interesse. Para isso, pegue a pipeta com uma das mãos e gire o botão de ajuste com a outra mão até chegar ao volume desejado. Existe um anel no meio do botão que bloqueia o volume (figura 3). Para o ajuste fino do volume é necessário girar o botão 1/3 acima do volume desejado e voltar lentamente para a configuração exata. Isso aumenta a precisão da medida. Faça isso com todas as pipetas disponibilizadas na bancada do laboratório. Preste atenção ao volume medido em cada pipetagem.

Figura 3 - Partes da pipeta automáticas



O visor indicador de volume geralmente tem três dígitos e é lido na direção do botão de pipetagem para a base (onde se encaixa a ponteira; figura 4). Os três dígitos indicam o volume em microlitros e podem ser coloridos em preto ou vermelho. Se houver esta distinção de cores, os dígitos pretos indicam volumes inteiros e os vermelhos, indicam frações. Os algarismos significativos variam de pipeta para pipeta e são, geralmente, 0,05% do volume máximo da pipeta. Por exemplo, a P-20 chega a 0,01 μ L e a P-200 a 0,1 μ L.

Figura 4 - Alinhamento correto do visor da pipeta automática



Alinhamento **INCORRETO**:
Erro

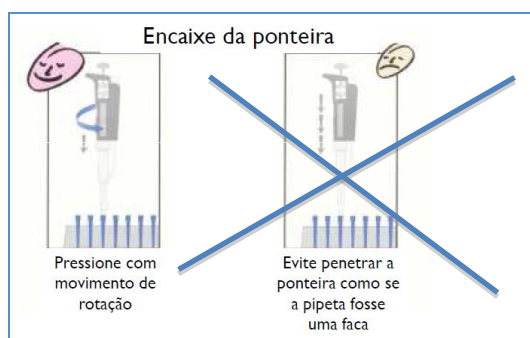


Alinhamento **CORRETO**:
Leitura exata

Fonte: <http://www.ufscar.br/>

Depois de ajustado o volume, coloque a ponteira na pipeta de forma que fique bem presa (figura 5).

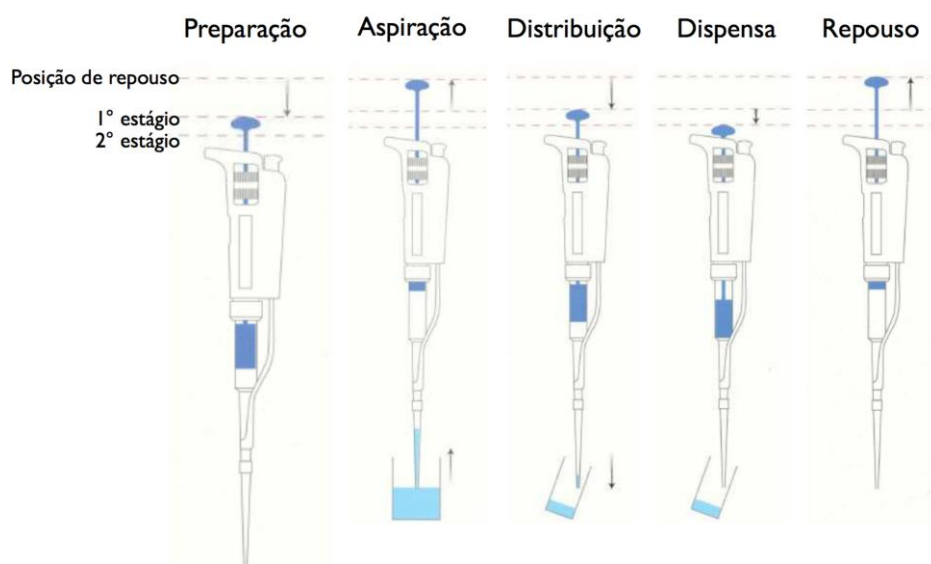
Figura 5 – Forma de encaixe correto da ponteira na pipeta automática.



Fonte: <http://www.ufscar.br/>

Para pipetar, aperte o botão de pipetagem até sentir o primeiro ponto de resistência. Leve a pipeta com o botão apertado até o recipiente contendo o líquido a ser transferido. Com a pipeta na posição vertical, faça a ponteira imergir de 1 a 6 mm abaixo da superfície do líquido. Para fazer o líquido subir na ponteira, volte lentamente o botão para a posição inicial. Espere alguns segundos até que o líquido ocupe todo o volume. Retire a ponteira do líquido. Se ficarem algumas gotas do lado de fora da ponteira, passe cuidadosamente a ponteira no tubo de onde retirou o líquido para que o mesmo fique no local de origem ou passe um papel no entorno sem encostar-se à abertura da ponteira (figura 6).

Figura 6 – Procedimento de pipetagem



fonte: <http://www.ufscar.br/>

Logo após o uso, as ponteiras são descartadas em recipiente apropriado.

Para uma pipetagem correta, deve-se observar:

- Trocar a ponteira antes de aspirar líquido, amostra ou reagente diferente;

- Pressione e solte o botão de modo lento e constante;
- **NUNCA** pipete líquidos onde $T > 70^{\circ}\text{C}$ ou $T < 4^{\circ}\text{C}$;
- **NUNCA** vire a pipeta de cabeça para baixo;
- **NUNCA** deite a pipeta enquanto houver líquido na ponteira;
- **NUNCA** utilize graxa ou silicone no pistão ou selos;
- **NUNCA** tente ajustar o volume acima da especificação.

REALIZAÇÃO DO PROCEDIMENTO 1: USO CORRETO DAS PIPETAS AUTOMÁTICAS

1. Cada aluno deverá pipetar 250 **microlitros** de água deionizada em um tubo de ensaio diferente. Comparar o volume dos tubos, tirar conclusões e descartar. Preste atenção nas vidrarias escolhidas para o procedimento.
2. Cada aluno deverá pipetar 500 **microlitros** de água destilada ou deionizada em um tubo de ensaio diferente. Comparar o volume dos tubos, tirar conclusões e descartar. Preste atenção nas vidrarias escolhidas para o procedimento.

PARTE 2- UTILIZAÇÃO DO BICO DE BUNSEN

OBJETIVO

Aprender a manusear corretamente o bico de Bunsen, acendendo a chama com segurança, regulando a entrada de ar para obter diferentes tipos de chama, e utilizar o equipamento para **aquecimento controlado de água**, compreendendo sua aplicação no preparo de soluções e experimentos laboratoriais.

INTRODUÇÃO

O **bico de Bunsen** é um equipamento de laboratório utilizado para gerar **chamas controladas** por meio da queima de gás (geralmente GLP ou gás natural), possibilitando o aquecimento de substâncias de forma rápida e segura. É utilizado para esterilizar materiais, aquecer líquidos ou sólidos, promover reações que dependem de temperatura, produzir chamas com diferentes temperaturas (controlando a entrada de ar).

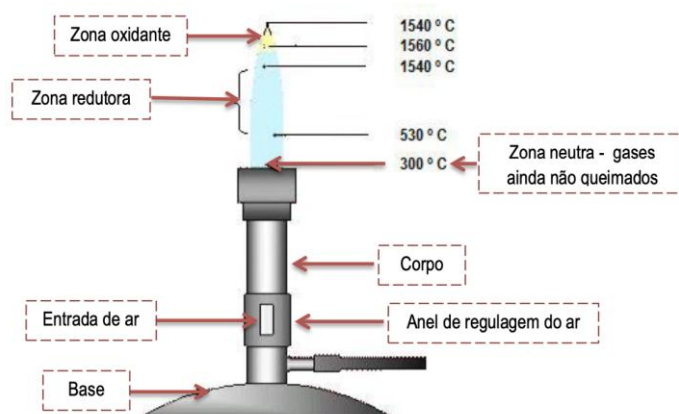
Procedimento: OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS e AQUECIMENTO EM BANHO MARIA

Procedimento correto para acender o bico de Bunsen:

1. Antes de acender o bico de Bunsen, observar se as válvulas de saída de gás (abaixo da bancada) a válvula do bico de gás e de entrada de ar (anel de regulação) estão fechadas.
2. Abrir a válvula de saída de gás central (abaixo da bancada).
3. Abrir a válvula da bancada.
4. Acender o fósforo o aproximá-lo do queimador. Abrir, devagar e com muito cuidado, a saída de gás do bico de gás.

5. Regular a entrada de ar no bico de gás através do anel de regulagem.
6. Observar a chama no bico de Bunsen (figura 8) e regular para a chama redutora (azul).

Figura 8 – O bico de Bunsen e as zonas da chama.



Fonte: <http://www.ebah.com.br/content/ABAAgNRQAH/bico-bunsen-combustao>

Procedimento correto para desligar o Bico de Bunsen:

1. Desligar a válvula de gás da bancada.
2. Deixar todo o gás restante na mangueira entrar em combustão.
3. Fechar a válvula de gás do bico de gás.
4. Fechar a entrada de ar do bico de gás (anel de regulagem).
5. Desligar a válvula de gás central (abaixo da bancada).

Procedimento 2: OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS: aquecimento de tubo de ensaio diretamente na chama

OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS

ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Antes de iniciar o processo de acendimento ele deve **RETIRAR** as luvas e só voltar a utilizá-las após apagar a chama no final da aula, se for o caso. Chame o professor antes de ligar o bico de busen.

- a) Transferir para tubo de ensaio 2 mL de água destilada.
- b) Chame o professor antes de acender o bico de Bunsen de forma correta.
- c) Utilizar a pinça para segurar o tubo de ensaio.
- d) Aqueça a água do tubo de ensaio diretamente na chama do bico de Bunsen com uma inclinação de 45°C e com pequena agitação, até a ebulição da água;
- e) Manter a agitação contínua do tubo para evitar projeção do líquido.
- f) Observar a direção da boca do tubo e Cuidado com vidro quente!!!!

Procedimento 3: OPERAÇÃO COM BICO DE GÁS: aquecimento em banho-maria

ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Antes de iniciar o processo de acendimento ele deve RETIRAR as luvas e só voltar a utilizá-las após apagar a chama no final da aula, se for o caso, chame o professor antes de ligar o bico de Busen.

1. “Forrar” o fundo de um béquer de 500 ml com pérolas de ebulição.
2. Transferir para um béquer de 500mL, cerca de 200 mL de água de corrente (direto da torneira).
3. Chame o professor antes de acender o bico de busen de forma correta e colocar sobre a tela refratária (tela de amianto) que estará sobre o tripé de ferro o béquer.
4. Transferir para dois tubos de ensaio 2 ml solução corada
5. Transferir para dois tubos de ensaio 2ml de água destilada ou deionizada
6. Rotular (identificar) os tubos com caneta hidrográfica (pense no local correto de escrever uma vez que serão submetidos ao banho maria.
7. “Forrar” o fundo de um béquer de 500 ml com pérolas de ebulição e transferir aproximadamente 200 ml de água corrente (direto da torneira) e colocar os 4 tubos de ensaio em seu interior.
8. Chame o professor antes de acender o bico de busen de forma correta e colocar sobre a tela refratária que estará sobre o tripé de ferro o béquer com os tubos para aquecimento.
9. Ficar atento e não colocar

REAÇÕES QUALITATIVAS PARA IDENTIFICAR PROTEÍNAS/ LIGAÇÕES PEPTÍDICAS

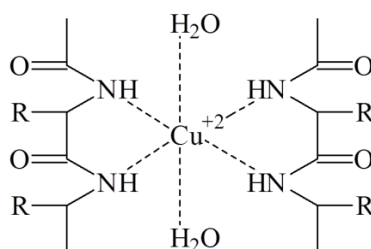
OBJETIVOS

Executar e interpretar reações que identificam de forma qualitativa proteínas em diferentes amostras, correlacionando os resultados com a presença de ligações peptídica. Registrar observações experimentais de maneira crítica e sistemática, promovendo a análise e discussão dos resultados obtidos. Refletir sobre a relevância das reações químicas na prática clínica, compreendendo a aplicação dos conceitos bioquímicos no diagnóstico laboratorial.

INTRODUÇÃO

Reação de Biureto: As substâncias que contêm duas ou mais ligações peptídicas dão reação de Biureto positiva (tripeptídeos, oligopeptídeos e proteínas). O íon cobre fornecido por uma solução diluída e alcalina de CuSO_4 se complexa com os grupos aminos das ligações peptídicas desenvolvendo uma coloração violeta. O composto formado pode ser representado como (figura 7):

Figura 7 – Complexo formado entre o cobre II e peptídeos ou proteínas



Fonte: CESAD –

https://cesad.ufs.br/ORBI/public/uploadCatalogo/12221710072012Quimica_Biomoleculas_aula_5.pdf

Técnica: - Preparar os tubos conforme descrito no quadro 1 e observar os resultados.

SUBSTÂNCIA	TUBO 1	TUBO 2	TUBO 3	TUBO 4	TUBO 5	TUBO 6
Solução	1 ml Solução 1	1 ml Solução 2	1 ml Solução 3	1 ml Solução 4	1 ml Solução 5	1 ml Solução 6
NaOH10%	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL
CuSO ₄	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL
Agitação vigorosa	+	+	+	+	+	+
Resultado						

CARACTERÍSTICAS DAS ENZIMAS

OBJETIVOS

Compreender as principais características das enzimas e seu papel como catalisadores biológicos. Analisar os fatores que influenciam a velocidade das reações enzimáticas. Aplicar métodos experimentais para observar e registrar o comportamento das enzimas em diferentes condições.

INTRODUÇÃO

As enzimas são proteínas especializadas na catálise de reações biológicas. Praticamente todas as reações que caracterizam o metabolismo celular são catalisadas por enzimas. Como catalisadores celulares extremamente poderosos, as enzimas aceleram a velocidade de uma reação sem, no entanto, participar dela como reagente ou produto. As enzimas atuam ainda como reguladoras deste conjunto complexo de reações.

As enzimas são, portanto, consideradas as unidades funcionais do metabolismo celular.

Procedimentos:

1. Numerar tubos de ensaio como indicado na tabela abaixo.
2. Acrescentar as soluções de acordo com a tabela.
2. Não retirar os tubos das respectivas temperaturas para acrescentar o reagente gema de ovo.
4. Não agitar os tubos após a adição do reagente da gema de ovo.
5. Observar e anotar a cor da solução/sobrenadante em cada um dos tubos, sem agitá-los.

Procedimento/solução	Tubo 1	Tubo 2	Tubo 3	Tubo 4	Tubo 5	Tubo 6
Tampão pH 7,0	0,5 mL	—	—	—	—	—
Reagente colesterol	—	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL	0,5 mL
NaOH	—	—	5 gotas	—	—	—
HCl	—	—	—	5 gotas	—	—
Agitação	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM	SIM
Incubar 10 minutos	TA	TA	TA	TA	GELO	TA
Gema de ovo	1 porção	1 porção	1 porção	1 porção	1 porção	—
Azeite de oliva	—	—	—	—	—	1 mL
Agitação	NÃO	NÃO	NÃO	NÃO	NÃO	NÃO
Incubar 15 minutos						
Anotar a cor do sobrenadante						

Finalização

- Retirar a marcação da caneta com álcool e algodão. Descartar material que não mais será utilizado (refugo líquido e sólido).
- Lavar todo o material utilizado – organizar sobre as bancadas para secar.
- Limpar e organizar as bancadas.

IDENTIFICAÇÃO DE CARBOIDRATOS

OBJETIVOS

Compreender a estrutura e as principais funções dos carboidratos nos organismos vivos. Diferenciar experimentalmente os tipos de carboidratos (monossacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos) por meio de testes químicos específicos. Avaliar a reação de diferentes carboidratos com reagentes como Benedict, Lugol e Selliwanoff, interpretando os resultados para identificar suas características químicas.

INTRODUÇÃO

Carboidratos são biomoléculas constituídas principalmente por carbono, hidrogênio e oxigênio. Dentre as diversas funções atribuídas aos carboidratos, a principal é a energética. Também atuam como elementos estruturais e de proteção na parede celular das bactérias, fungos e vegetais, bem como em tecidos conjuntivos e envoltório celular de animais. Agem como lubrificantes das articulações esqueléticas e fornecem coesão entre as células. Podem funcionar como sinalizadores celulares. Alguns carboidratos, como a ribose e a desoxirribose, fazem parte da estrutura de nucleotídeos e dos ácidos nucleicos.

Conforme o tamanho, os carboidratos podem ser classificados em monossacarídeos, oligossacarídeos e polissacarídeos.

Procedimentos:

- Nomear os tubos de ensaio na sua parte superior conforme a indicação do quadro 1.
- Distribuir nos tubos específicos (de acordo com o quadro 1) os carboidratos designados de 1 a 4.
- Distribuir nos tubos designados de B1 a B4, 1 mL da solução de Benedict e agite levemente para misturar (quadro 1)
- Distribuir nos tubos designados de S1 a S4, 1 mL da solução de Selliwanoff e agite levemente para misturar (quadro 1). CUIDADO ESTA SOLUÇÃO APRESENTA UM ÁCIDO FORTE EM SUA COMPOSIÇÃO.
- Somente Iniciar os testes quando sinalizado pelo professor!!!!

Quadro 1. Distribuição das diversas soluções para a realização da prática de Identificação dos carboidratos.

Teste Lugol		Teste de Benedict		Teste Selliwanoff		Nome do carboidrato identificado
carboidrato	Resultado	carboidrato	Resultado	carboidrato	Resultado	
L1(1mL)		B1(1mL)		S1(1mL)		
L2(1ml)		B2(1ml)		S2(1ml)		
L3(1mL)		B3(1mL)		S3(1mL)		
L4(1mL)		B4(1mL)		S4(1mL)		

- Após a realização do experimento, preencha o quadro acima na coluna resultados, colocando como positivo ou negativo para cada substância testada em cada teste.

Procedimento A: TESTE DE IODO (Lugol):

1. Adicionar 01 gota da solução de lugol em cada um dos tubos de ensaio, DA COLUNA L(na tabela que já possui os carboidratos indicados de 1 a 4).
2. observe e analise as alterações dos líquidos presentes nos tubos de ensaio e anote na tabela acima.

Instruções para os procedimentos B e C: ESTES EXPERIMENTOS SERÃO REALIZADOS UTILIZANDO A ÁGUA FERVENDO PRESENTE NO BÉQUER, PREPARADA NA AULA 9.

ATENÇÃO: Defina um integrante do grupo que será responsável pelo trabalho com o fogo. Em caso de dúvidas chame o professor antes de ligar o bico de busen.

❖ PROCEDIMENTO B: TESTE DE BENEDICT

1. **Coloque, com cuidado,** todos os tubos da COLUNA B (contento já os carboidratos e a solução de Benedict) dentro do béquer contendo a água fervendo que está sobre a tela de amianto no tripé e sob aquecimento no bico de Bunsen. Cuidado, pois a água está fervendo!!!!
2. Aguardar 1 minuto.
3. Retirar os tubos com auxílio das luvas térmicas ou pinça de madeira. Cuidado!! O tubo está muito quente!!!
4. Observar e analisar as alterações dos líquidos presentes nos tubos de ensaio e anote na tabela acima.

❖ PROCEDIMENTO C: TESTE DE SELLIWANOFF

1. **Coloque, com cuidado,** todos os tubos da COLUNA S (contento já os carboidratos e a solução de Benedict) dentro do béquer contendo a água fervendo que está sobre a tela de amianto no tripé e sob aquecimento no bico de Bunsen. Cuidado, pois a água está fervendo!!!!
2. Aguardar 1 minuto.
3. Retirar os tubos com auxílio das luvas térmicas ou pinça de madeira. Cuidado!! O tubo está muito quente!!
4. Observar e analisar as alterações dos líquidos presentes nos tubos de ensaio e anote na tabela acima.

Finalização

Retirar a marcação da caneta com álcool e algodão.

Lavar todo o material utilizado – organizar sobre as bancadas para secar.

Descartar material que não mais será utilizado (refugo líquido e sólido).

Limpar e organizar as bancadas.

HOMEOSTASE

OBJETIVOS

Compreender o conceito de homeostase por meio da observação de respostas fisiológicas do corpo humano frente a alterações no meio externo identificando os mecanismos de autorregulação envolvidos na manutenção do equilíbrio interno.

INTRODUÇÃO

A **homeostase** é a capacidade do corpo de manter um ambiente interno estável e relativamente constante, apesar das mudanças que ocorrem no meio externo. É um processo dinâmico de autorregulação que busca o equilíbrio ideal para que as células, tecidos e órgãos funcionem corretamente.

Pense no seu corpo como um avião que está constantemente fazendo pequenos ajustes no leme, nas asas e nos motores para se manter em um curso estável durante uma turbulência. Da mesma forma, o seu organismo usa diversos mecanismos, principalmente os sistemas nervoso e endócrino, para regular variáveis essenciais como:

- **Temperatura corporal:** Mantida em aproximadamente 37°C.
- **pH do sangue:** Mantido em uma faixa muito estreita, entre 7.35 e 7.45.
- **Concentração de glicose (açúcar) no sangue:** Essencial para fornecer energia às células.
- **Pressão arterial:** Ajustada para garantir que o sangue chegue a todos os tecidos.

Importância da Homeostase na Medicina

O conceito de homeostase é a base de toda a medicina. A doença, em sua essência, é vista como uma quebra ou um desequilíbrio na homeostase.

Diagnóstico: Ao avaliar os sinais e sintomas de um paciente, o médico está procurando por evidências de que um ou mais mecanismos homeostáticos falharam. Por exemplo, uma febre alta indica que a termorregulação do corpo está sendo alterada, e a diabetes é um clássico exemplo de falha na regulação da glicose no sangue.

Tratamento: O objetivo de grande parte dos tratamentos médicos é restaurar a homeostase. Isso pode ser feito com medicamentos (como a insulina para diabéticos), fluidos para reidratação, ou cirurgias para corrigir falhas em órgãos.

Prevenção: Manter um estilo de vida saudável, com dieta balanceada e exercícios, é uma forma de fortalecer os mecanismos homeostáticos do corpo e prevenir que eles falhem, reduzindo o risco de doenças.

A saúde é sinônimo de homeostase bem-sucedida, enquanto a doença representa sua interrupção. A medicina, portanto, atua para entender, monitorar e restabelecer esse equilíbrio vital.

Metodologia: Será apresentado uma situação problema em que os alunos deverão, de forma individual, anotar (sem equipamentos eletrônicos) informações importantes sobre a conduta médica, dados de exames e procedimentos e sinais e sintomas do(s) paciente(s) atendido (s). Após, serão apresentados perguntas e comandos a serem realizados sobre a correlação da teoria com a prática.

METABOLISMO MUSCULAR

OBJETIVOS

Compreender, por meio da análise experimental, o papel das enzimas no metabolismo do músculo esquelético, avaliando a influência da temperatura e da concentração de substrato sobre a atividade enzimática.

INTRODUÇÃO

Durante a atividade muscular, o corpo humano necessita de energia para sustentar a contração das fibras musculares. Essa energia é fornecida principalmente pela molécula de **ATP (adenosina trifosfato)**, que é continuamente regenerada por diferentes vias metabólicas. As principais rotas de produção de ATP no músculo são:

- **Metabolismo alático (anaeróbico alático):** Utiliza a fosfocreatina (PCr) como fonte imediata de fosfato para regenerar ATP. É um sistema rápido, mas de curta duração (aproximadamente 10 segundos), e não gera ácido láctico. É predominante em esforços explosivos, como corridas curtas.
- **Metabolismo láctico (anaeróbico láctico):** Baseia-se na glicólise anaeróbica, que metaboliza a glicose em ácido láctico (lactato). Gera ATP de forma rápida, porém limitada, sendo importante em atividades de alta intensidade e duração intermediária, como corridas de 400 a 800 metros.
- **Metabolismo aeróbico:** Ocorre na presença de oxigênio, envolvendo a oxidação completa da glicose, ácidos graxos e aminoácidos nas mitocôndrias. É mais lento, porém eficiente, sendo o principal sistema em exercícios de longa duração, como maratonas.

A manutenção da vida celular depende da contínua ocorrência de um conjunto de reações químicas, que devem atender duas exigências fundamentais: (1) ocorrer em velocidades adequadas à fisiologia celular — uma vez que a insuficiência na produção ou remoção de metabólitos pode levar a condições patológicas — e (2) serem altamente específicas, gerando produtos definidos (MARZZOCO; TORRES, 2015). Essa necessidade de regulação precisa é especialmente evidente no metabolismo muscular, onde as vias energéticas (aeróbica, alática e láctica) devem funcionar em ritmos compatíveis com a demanda de ATP imposta pela atividade física, garantindo a continuidade da contração muscular sem comprometer a integridade celular. A especificidade das enzimas envolvidas também assegura que os produtos metabólicos gerados, como ATP, lactato, CO₂ e H₂O, permaneçam dentro de limites fisiológicos, evitando o acúmulo tóxico de substâncias e prevenindo distúrbios como a ácidos.

Metodologia:

1. Colocar um pequeno pedaço de tecido biológico no almofariz e com auxílio de um pistilo macerar por 3 minutos.

2. Transferir o tecido macerado para os tubos de ensaio numerados de 1 a 6 como indicado na tabela abaixo.

3. Seguir o determinado de acordo com o quadro abaixo, **seguindo a ordem das colunas! Ou seja, primeiro coloque-os na temperatura informada, sem retirá-los da temperatura coloque o reagente 1...etc.**

4. Seguir as orientações do quadro quanto à adição do reagente 2 e observar a altura da coluna de espuma, sua permanência e densidade aparente e a velocidade do aparecimento da mesma ao adicionar o reagente 2 comparando entre os tubos.

5. Manter os tubos sobre a bancada até o final da aula e fazer nova observação.

Quadro 1 – Distribuição dos reagentes

Tubos	Temperatura	Reagente 1	Procedimento	Reagente 2	Procedimento
1	Banho de Gelo	Pequeno pedaço do tecido macerado	Deixar o tubo por 10 a 15 min. No banho de gelo antes de seguir para a próxima coluna.	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
2	Aproximadamente $37^{\circ}C$	Pequeno pedaço do tecido macerado	Deixar o tubo por 10 a 15 min. Na temperatura de $37^{\circ}C$ antes de seguir para a próxima coluna.	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
3	Ambiente	Pequeno pedaço do tecido macerado	Após 10 a 15 minutos siga para a próxima coluna	250 microlitros água destilada ou deionizada	Anotar Alterações
4	Ambiente	Pequeno pedaço do tecido macerado	Após 10 a 15 minutos siga para a próxima coluna	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
5	Ambiente	Pequeno pedaço do tecido macerado	Após 10 a 15 minutos siga para a próxima coluna	500 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações
6	Ambiente	Dobro do pedaço do tecido macerado	Após 10 a 15 minutos siga para a próxima coluna	250 microlitros H_2O_2	Anotar Alterações

SOMESTESIA

OBJETIVOS

Identificar e classificar os diferentes tipos de receptores somestésicos, como mecanorreceptores, termorreceptores, nociceptores e proprioceptores, correlacionando sua função com a localização anatômica. Observar as respostas motoras e perceptivas a estímulos somestésicos, como pressão, temperatura e dor, relacionando os resultados aos trajetos nervosos e centros de integração sensorial no sistema nervoso central.

INTRODUÇÃO

Somestesia (do grego *soma* = corpo e *aesthesia* = sensibilidade), também conhecida como **somatossensação**, é o termo que designa o sistema sensorial do corpo em geral, responsável por receber, processar e interpretar uma ampla gama de estímulos provenientes da superfície e do interior do organismo. Diferente dos sentidos especiais (visão, audição, paladar e olfato), que possuem órgãos dedicados e localizados em áreas específicas, a somestesia é um sentido difuso, com receptores distribuídos por toda a pele, músculos, tendões, articulações e órgãos internos.

Este sistema engloba diversas modalidades sensoriais, que podem ser classificadas em três grandes categorias:

- **Mecanorrecepção:** Percepção do **tato**, **pressão**, **vibração** e **propriocepção**. A propriocepção, em particular, informa o cérebro sobre a posição e o movimento das diferentes partes do corpo no espaço.
- **Termorrecepção:** Percepção de **temperatura**, tanto do calor quanto do frio.
- **Nocicepção:** Percepção da **dor**, que atua como um mecanismo protetor do organismo contra estímulos potencialmente danosos.

As informações somestésicas são essenciais para a nossa interação com o ambiente, permitindo-nos sentir a textura de um objeto, reconhecer a posição de nossos membros sem o uso da visão e reagir a estímulos dolorosos ou de temperatura.

Grande Categoria: Mecanorrecepção

Procedimento 1 - Tato leve e correlação nervosa: Identificação e correlação com os nervos específicos de aferência cutânea do SNP.

A inervação sensorial da mão é complexa e fundamental para as nossas atividades diárias. Ela é realizada principalmente por três nervos periféricos: o **nervo mediano**, o **nervo ulnar** e o **nervo radial**. Cada um desses nervos é responsável por áreas cutâneas específicas, tanto na palma (face palmar) quanto no dorso (face dorsal) da mão. A compreensão detalhada da inervação sensorial da mão não é apenas uma questão de conhecimento anatômico, mas uma competência clínica fundamental. Lesões, compressões ou doenças que afetam esses nervos podem resultar na perda parcial ou total da sensibilidade, o que compromete gravemente a capacidade do paciente de realizar tarefas cotidianas.

Metodologia: Com um pedaço de algodão ou gaze, friccionar de forma leve nos pontos designados na tabela com o voluntário vendado. Anotar na tabela a resposta do voluntário e comparar com o esperado.

Local de fricção cutânea	Resposta do voluntário vendado ao contato	Local referido pelo voluntário vendado (Peça o voluntário para demonstrar na outra mão)	Nervo aferente responsável pelo sinal
Face dorsal na região da falange distal do dedo indicador	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar
Face dorsal na região da falange distal do dedo mínimo	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar
Face dorsal na região da falange proximal do dedo indicador	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar
Face palmar na região da falange proximal do dedo indicador	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar
Face dorsal na região do segundo metacarpo	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar
Face palmar na região da falange distal do dedo mínimo	() Senti o contato () Não senti o contato	() No local onde foi realizado o contato. () Fora do local onde foi realizado o contato.	() mediano () Radial () Ulnar

Grande Categoria: Mecanorrecepção

Procedimento 2 – Percepção do Tato: O Teste de Discriminação de Dois Pontos é um método simples, mas poderoso, para avaliar a acuidade tátil de uma área da pele. Ele mede a capacidade de distinguirmos entre a sensação de um único ponto e dois pontos separados. Em outras palavras, ele verifica o quão "fina" é a sensibilidade do tato em uma determinada região do corpo. O teste foi originalmente descrito por Ernst

Heinrich Weber no século XIX (Weber, 1834) e continua sendo uma ferramenta fundamental na prática clínica. Nesse procedimento faremos uma prática adaptada desse teste original.

Metodologia: Com o uso da pinça de relojoeiro, realizar de forma alternada com um ou dois pontos a contato mantido por um segundo na pele do voluntário vendado. Anotar na tabela a resposta do voluntário e comparar com o esperado.

Local do contato	Número de contatos executados pelo instrumento do avaliador	Número de contatos percebidos claramente pelo voluntário vendado (Peça o voluntário para dizer: “Um ponto ou dois pontos”)	Correlação do executado pelo avaliador com a resposta do voluntário.
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça de um ponto () Pinça de dois pontos	() Percebi um ponto () Percebi dois pontos	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo

Grande Categoria: Mecanorrecepção e Nocicepção

Procedimento 3 – Percepção e diferenciação de mecanorreceptores e nociceptores: Os nociceptores são os receptores sensoriais especializados que fornecem informações sobre a lesão tecidual. Sua função é

proteger o corpo, detectando estímulos potencialmente danosos, como calor extremo, pressão intensa ou substâncias químicas liberadas por lesões. Eles possuem um alto limiar de ativação, disparando sinais apenas quando a intensidade do estímulo é suficiente para causar dano ao tecido. Os mecanorreceptores são receptores que fornecem ao organismo informações sobre mudanças mecânicas em seu ambiente, como movimento, tensão e pressão. Eles são a base para o nosso sentido do tato, pressão, vibração e propriocepção. Eles têm um baixo limiar de ativação, sendo sensíveis a estímulos de baixa intensidade que não representam uma ameaça.

Metodologia: Com o uso da pinça de relojoeiro fechada e de uma ponteira de micropipeta, realizar de forma alternada o contato na pele do voluntário vendado. Antes de iniciar o procedimento **explique ao voluntário que ele deve escolher qual das duas opções de resposta mais se adequa à percepção, se é Nocicepção ou se é Pressão**. Anotar na tabela a resposta do voluntário e comparar com o esperado.

Local do contato	Instrumento aplicado pelo avaliador	Sensação referida pelo voluntário	Correlação do executado pelo avaliador com a resposta do voluntário.
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais da mão (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões dorsais da mão (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões dorsais da mão (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões ventrais do antebraço (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões dorsais do antebraço (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo
Regiões dorsais do antebraço (região palmar)	() Pinça (Nocicepção) () Ponteira (Pressão)	() Nocicepção () Pressão	() Igual ao estímulo () Diferente do estímulo

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

CANNON, W. B. **The Wisdom of the Body**. Nova York: W. W. Norton & Company, 1932.

CESAD (Universidade Federal de Sergipe). **Receptores sensoriais e sistema somatossensorial**. [Material didático]. Aula 2. 2012. Disponível em:
https://cesad.ufs.br/ORBI/public/uploadCatalogo/15180516022012Fisiologia_Basica_aula_2.pdf. Acesso em: 1 ago. 2025.

DEL, E. R.; SCHWARTZ, J. H.; JESSELL, T. M. **Princípios de Neurociências**. 5. ed. Porto Alegre: AMGH Editora, 2014

DRAKE, R. L.; VOGL, W.; MITCHELL, A. **Gray's Anatomia para Estudantes**. 4ª ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2021.

GUYTON, A. C.; HALL, J. E. **Tratado de Fisiologia Médica**. 13. ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2017.

KAN MOORE, K. L.; DALLEY, A. F.; AGUR, A. M. R. **Anatomia Orientada para a Clínica**. 7ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2014.

LUMEN Learning. **Touch and Pain | Introduction to Psychology**. [s.d.]. Disponível em:
<https://courses.lumenlearning.com/waymaker-psychology/chapter/reading-touch-and-pain/>. Acesso em: 1 ago. 2025.

NETTER, F. H. **Atlas de Anatomia Humana**. 7ª ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2018.

OLIVEIRA, Paulo Roberto B., et al. **Dor: Aspectos Atuais da Sensibilização Periférica e Central**. *Revista Brasileira de Anestesiologia*, v. 53, n. 4, p. 534-541, ago. 2003. Disponível em:
<https://www.scielo.br/j/rba/a/6MtJvgjXNzZqzRgY4x9WXGB/?format=pdf>. Acesso em: 1 ago. 2025.

SILVERTHORN, D. U. **Fisiologia Humana: Uma Abordagem Integrada**. 7. ed. Porto Alegre: Artmed, 2017.
StatPearls. *Nociception*. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing; 2024 Jan-. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK551562/>.